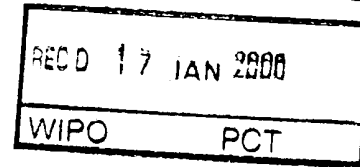


BUNDESREPUBLIK DEUTSCHLAND

9/8



**PRIORITY
DOCUMENT**

SUBMITTED OR TRANSMITTED IN
COMPLIANCE WITH RULE 17.1(a) OR (b)

Bescheinigung

Herr Dr. Gerhard H a r t w i c h in München/Deutschland hat eine Patentanmeldung unter der Bezeichnung

"Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Nukleinsäure-oligomerhybriden"

am 23. November 1998 beim Deutschen Patent- und Markenamt eingereicht.

Die angehefteten Stücke sind eine richtige und genaue Wiedergabe der ursprünglichen Unterlagen dieser Patentanmeldung.

Die Anmeldung hat im Deutschen Patent- und Markenamt vorläufig die Symbole C 12 Q und G 01 N der Internationalen Patentklassifikation erhalten.

München, den 17. Dezember 1999

Deutsches Patent- und Markenamt

Der Präsident

Im Auftrag

Hoiß

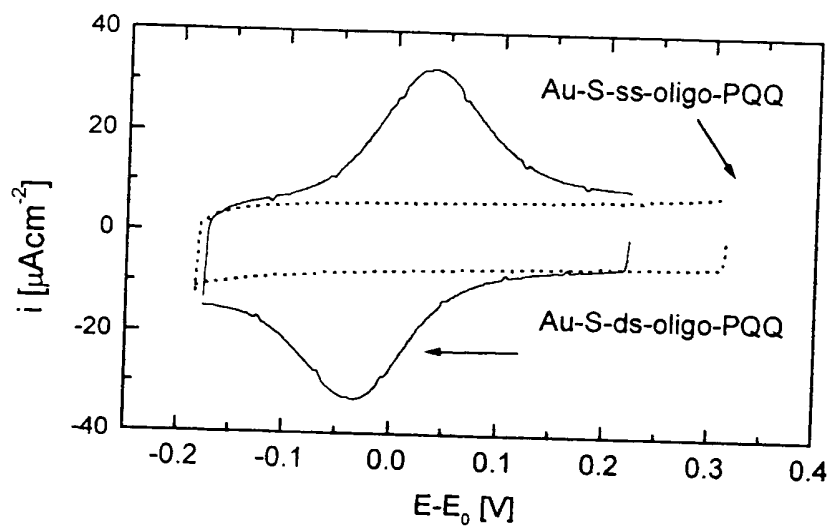
Zeichen: 198 53 957.6



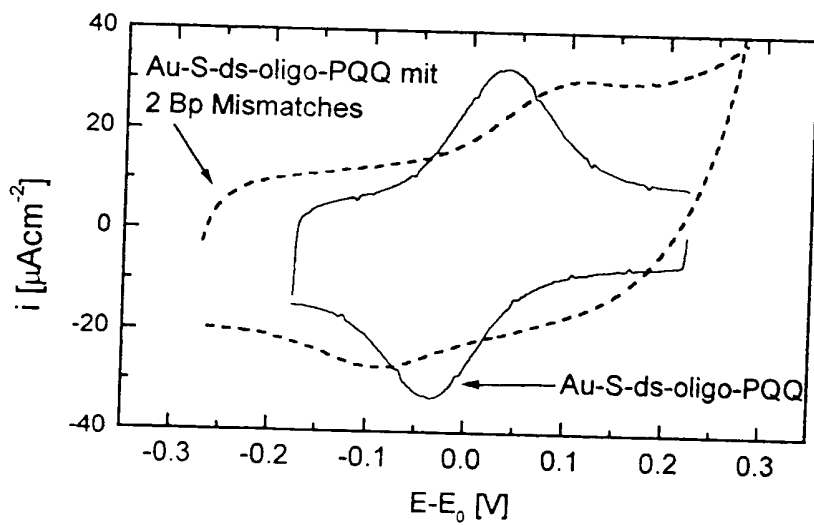
Zusammenfassung

Die vorliegende Erfindung betrifft ein Verfahren zur elektrochemischen Detektion von sequenzspezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen. Dabei dienen DNA-/RNA-/PNA-Oligomer-Einzelstränge, die mit einem Ende kovalent auf einer Trägeroberfläche angebunden und am anderen, freien Ende kovalent mit einem Redoxpaar verknüpft sind, als Hybridisierungsmatrix (Probe). Durch Behandlung mit der zu untersuchenden Oligonukleotid-Lösung (Target) wird die ursprünglich nicht oder nur schwach vorhandene elektrische Kommunikation zwischen der leitfähigen Trägeroberfläche und dem über Einzelstrang-Oligonukleotid verbrückten Redoxpaar verändert. Im Falle der Hybridisierung wird die elektrische Kommunikation zwischen der Trägeroberfläche und dem nunmehr über hybridisiertes Doppelstrang-Oligonukleotid verbrückten Redoxpaar verstärkt. Somit wird die Detektion eines Hybridisierungsereignisses durch elektrochemische Verfahren wie cyclische Voltametrie, Amperometrie oder Leitfähigkeitsmessung ermöglicht.

Figur 4



Figur 5



Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Nukleinsäureoligomerhybriden

Technisches Gebiet

Die vorliegende Erfindung betrifft ein Verfahren zur elektrochemischen Detektion von sequenzspezifischen Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierungsereignissen.

Stand der Technik

Zur Sequenzanalyse von DNA und RNA, z. B. in der Krankheitsdiagnose, bei toxikologischen Testverfahren, in der genetischen Forschung und Entwicklung, sowie auf dem Agrar- und pharmazeutischen Sektor, werden im allgemeinen gel-elektrophoretische Verfahren mit autoradiographischer oder optischer Detektion verwendet.

Zur Veranschaulichung des wichtigsten gel-elektrophoretischen Verfahrens mit optischer Detektion (Sanger-Verfahren) ist in Figur 1b ein DNA-Fragment mit Primer dargestellt. Bei dem Sanger-Verfahren wird eine DNA enthaltende Lösung in vier Ansätze aufgeteilt und der Primer jedes Ansatzes mit je einem bei verschiedener Wellenlänge emitierenden Fluoreszenzfarbstoff kovalent modifiziert. Wie in Figur 1b dargestellt wird zu jedem Ansatz Desoxyribonucleosid-Triphosphat der Basen A (Adenin), T (Thymin), C (Cytosin), und G (Guanin), also dATP, dTTP, dCTP und dGTP, gegeben, um den Einzelstrang, ausgehend vom Primer, durch DNA-Polymerase I enzymatisch zu replizieren. Zusätzlich zu den vier Desoxyribonucleosid-Triphosphaten enthält jedes Reaktionsgemisch noch genügend des 2',3'-Didesoxyanalogons (Figur 1a) eines dieser Nukleosidtriphosphate als Stopbase (je eine der 4 möglichen Stoppbasen pro Ansatz), um die Replikation an allen möglichen Bindungsstellen zu stoppen. Nach Vereinigung der vier Ansätze entstehen replizierte DNA-Fragment aller Längen mit stopbasenspezifischer Fluoreszenz, die gel-elektrophoretisch der Länge nach sortiert und durch Fluoreszenz-Spektroskopie charakterisiert werden können (Figur 1c).

Ein anderes optisches Detektionsverfahren basiert auf der Anlagerung von Fluoreszenzfarbstoffen wie z. B. Ethidiumbromid an Oligonukleotide. Die Fluoreszenz solcher Farbstoffe steigt im Vergleich zur freien Lösung des Farbstoffs um etwa das 20-fache an, wenn sie sich an doppelsträngige DNA oder RNA

anlagern und kann deshalb zum Nachweis hybridisierter DNA oder RNA verwendet werden.

Bei der radioaktiven Markierung wird ^{32}P in das Phosphatgerüst der Oligonukleotide eingebaut, wobei ^{32}P gewöhnlich am 5'-Hydroxylende durch Polynukleotid-Kinase addiert wird. Die markierte DNA wird anschließend an jeweils einem der vier Nukleotidtypen bevorzugt gespalten und zwar unter definierten Bedingungen, so daß pro Kette durchschnittlich eine Spaltung erfolgt. Damit liegen im Reaktionsgemisch für einen bestimmten Basentyp Ketten vor, die sich von der ^{32}P -Markierung bis zur Position dieser Base erstreckt (bei mehrfachem Auftreten der Base erhält man entsprechend Ketten unterschiedlicher Länge). Die vier Fragmentgemische werden anschließend auf vier Bahnen gel-elektrophoretisch aufgetrennt und es wird vom Gel ein Autoradiogramm angefertigt, an dem die Sequenz unmittelbar abgelesen werden kann.

Vor einigen Jahren wurde ein weiteres, auf optischer (oder autoradiographischer) Detektion beruhendes Verfahren zur DNA-Sequenzierung entwickelt, nämlich die Sequenzierung durch Oligomerhybridisierung (vgl. z. B. Drmanac et al., Genomics 4, (1989), S. 114-128 oder Bains et al., Theor. Biol. 135, (1988), S. 303-307). Bei diesem Verfahren wird ein vollständiger Satz kurzer Oligonukleotide bzw. Oligomere (Probe-Oligonukleotide), z. B. alle 65 536 möglichen Kombinationen der Basen A, T, C und G eines Oligonukleotid-Oktamers auf ein Trägermaterial gebunden. Die Anbindung geschieht in einem geordneten Raster aus 65 536 Test-Sites, wobei jeweils eine größere Menge einer Oligonukleotid-Kombination ein Test-Site definieren und die Position jeder einzelnen Test-Site (Oligonukleotid-Kombination) bekannt ist. Auf solch einer Hybridisierungsmatrix, dem Oligomercip, wird ein DNA-Fragment, dessen Sequenz man ermitteln will, das Target, mit Fluoreszenz-Farbstoff (oder ^{32}P) markiert und unter Bedingungen, die nur eine spezifische Doppelstrangbildung erlauben, hybridisiert. Dadurch bindet das Target DNA-Fragment nur an die Oligomere (im Beispiel an die Oktamere), deren komplementäre Sequenz exakt einem Teil (einem Oktamer) seiner eigenen Sequenz entspricht. Durch optische (oder autoradiographische) Detektion der Bindungsposition des hybridisierten DNA-Fragments werden damit alle im Fragment vorhandenen Oligomersequenzen (Oktamersequenzen) bestimmt. Aufgrund der Überlappung benachbarter Oligomersequenzen kann durch geeignete mathematische Algorithmen die fortlaufende Sequenz des DNA-Fragments bestimmt werden. Die Vorteile dieses Verfahrens liegen unter anderem in der Miniaturisierung der Sequenzierung und damit in der enormen Datenmenge, die gleichzeitig in einem Arbeitsgang erfaßt wird. Daneben kann auf Primer und auf das gel-

elektrophoretische Auftrennen der DNA-Fragmente verzichtet werden. Beispielhaft ist dieses Prinzip in Figur 2 für ein 13 Basen langes DNA-Fragment gezeigt.

Die Verwendung radioaktiver Markierungen bei der DNA-/RNA- Sequenzierung ist mit mehreren **Nachteilen** verbunden, wie z. B. aufwendige, gesetzlich vorgeschriebene Sicherheitsvorkehrungen beim Umgang mit radioaktiven Materialien, die Strahlenbelastung, das begrenzte räumliche Auflösungsvermögen (maximal 1mm^2) und eine Sensitivität, die nur dann hoch ist, wenn die Strahlung der radioaktiven Fragmente entsprechend lange (Stunden bis Tage) auf einen Röntgenfilm einwirkt. Es kann zwar die räumliche Auflösung durch zusätzliche Hard- und Software erhöht und die Detektionszeit durch die Verwendung von β -Scannern verkürzt werden, beides ist jedoch mit erheblichen zusätzlichen Kosten verbunden.

Die Fluoreszenzfarbstoffe, die üblicherweise zur Markierung der DNA verwendet werden, sind zum Teil (z. B. Ethidiumbromid) mutagen und erfordern, ebenso wie die Anwendung der Autoradiographie, entsprechende Sicherheitsvorkehrungen. In fast allen Fällen erfordert die Verwendung optischer Detektion den Gebrauch von einem oder mehreren Lasersystemen und somit geschultes Personal und entsprechende Sicherheitsvorkehrungen. Die eigentliche Detektion der Fluoreszenz erfordert zusätzliche Hardware, wie z. B. optische Bauelemente zur Verstärkung und, bei verschiedenen Anregungs- und Abfragewellenlängen wie im Sanger-Verfahren, ein Kontrollsystem. Abhängig von den benötigten Anregungswellenlängen und der gewünschten Detektionsleistung können somit erhebliche Investitionskosten entstehen. Bei der Sequenzierung durch Hybridisierung auf dem Oligomercip ist die Detektion noch (kosten)aufwendiger, da, neben dem Anregungssystem, zur 2-dimensionalen Detektion der Fluoreszenzspots hochauflösende CCD-Kameras (Charge Coupled Device Kameras) benötigt werden.

Obwohl es also quantitative und extrem sensitive Methoden zur DNA-/RNA-Sequenzierung gibt, sind diese Methoden zeitaufwendig, bedingen aufwendige Probenpräparation und teure Ausstattung und sind im allgemeinen nicht als transportable Systeme verfügbar.

Darstellung der Erfindung

Aufgabe der vorliegenden Erfindung ist es deshalb, eine Vorrichtung und ein Verfahren zur Detektion von Nukleinsäureoligomerhybriden zu schaffen, welche die Nachteile des Standes der Technik nicht aufweisen.

Diese Aufgabe wird erfindungsgemäß durch das modifizierte Oligonukleotid gemäß unabhängigem Patentanspruch 1, durch das Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Oligonukleotids gemäß unabhängigem Anspruch 8 und 9, durch die modifizierte leitfähige Oberfläche gemäß unabhängigem Patentanspruch 10, das Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche gemäß unabhängigem Patentanspruch 20, sowie durch das Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Oligomerhybridisierungsereignissen gemäß unabhängigem Patentanspruch 26 gelöst.

Im Rahmen der vorliegenden Erfindung werden die folgenden Abkürzungen und Begriffe benutzt:

Genetik

DNA	Desoxyribonukleinsäure
RNA	Ribonukleinsäure
PNA	Peptidnukleinsäure (synthetische DNA oder RNA bei der die Zucker-Phosphat Einheit durch eine Aminosäure ersetzt ist. Bei Ersatz der Zucker-Phosphat Einheit durch die $-NH-(CH_2)_2-N(COCH_2\text{-Base})-CH_2CO\text{-}$ Einheit hybridisiert PNA mit DNA.
A	Adenin
G	Guanin
C	Cytosin
T	Thymin
Base	A, G, T, oder C
Bp	Basenpaar
Oligomer	DNA, PNA oder RNA Fragment einer nicht näher spezifizierten Basenlänge (z. B. Oktamer: ein Fragment der Basenlänge 8).
Oligonukleotid	DNA, PNA oder RNA Fragment nicht näher spezifizierter Basenlänge.
oligo	Oligonukleotid
dATP	Desoxyribonucleosid-Triphosphat des A (DNA-Einheit mit der Base A und zwei weiteren Phosphaten zum Aufbau eines längeren DNA-Fragments bzw. eines Oligonukleotids).

dGTP

Desoxyribonucleosid-Triphosphat des G (DNA-Einheit mit der Base G und zwei weiteren Phosphaten zum Aufbau eines längeren DNA-Fragments bzw. eines Oligonukleotids).

dCTP

Desoxyribonucleosid-Triphosphat des C (DNA-Einheit mit der Base C und zwei weiteren Phosphaten zum Aufbau eines längeren DNA-Fragments bzw. eines Oligonukleotids).

dTTP

Desoxyribonucleosid-Triphosphat des T (DNA-Einheit mit der Base T und zwei weiteren Phosphaten zum Aufbau eines längeren DNA-Fragments bzw. eines Oligonukleotids).

Primer

Start-Komplementär-Fragment eines Oligonukleotids, wobei die Basenlänge des Primers nur ca. 4-8 Basen beträgt. Dient als Ansatzpunkt für die enzymatische Replikation des Oligonukleotids.

Mismatch

Zur Ausbildung der Watson Crick Struktur doppelsträngiger Oligonukleotide hybridisieren die beiden Einzelstränge derart, daß die Base A (bzw. C) des einen Strangs mit der Base T (bzw. G) des anderen Strangs Wasserstoffbrücken ausbildet (bei RNA ist T durch Uracil ersetzt). Jede andere Basenpaarung bildet keine Wasserstoffbrücken aus, verzerrt die Struktur und wird als „Mismatch“ bezeichnet.

ds

double strand (Doppelstrang)

ss

single strand (Einzelstrang)

Chemische Substanzen/Gruppen

R

beliebiger, nicht näher spezifizierter organischer Rest als Substituent oder Seitenkette.

Redox

redoxaktive Substanz

Alkyl

Der Begriff "Alkyl" bezeichnet ein gesättigtes Kohlenwasserstoffradikal, das geradkettig oder verzweigt ist (z.B. Ethyl, Isopropyl oder 2,5-Dimethylhexyl etc.). Wenn "Alkyl" benutzt wird, um auf einen Linker oder Spacer zu verweisen, bezeichnet der Begriff eine Gruppe mit zwei verfügbaren Valenzen für die kovalente Verknüpfung (z. B. $-\text{CH}_2\text{CH}_2-$, $-\text{CH}_2\text{CH}_2\text{CH}_2-$ oder $-\text{CH}_2\text{C}(\text{CH}_3)_2\text{CH}_2\text{CH}_2\text{C}(\text{CH}_3)_2\text{CH}_2-$ etc.). Bevorzugte Alkylgruppen als Substituenten oder Seitenketten R sind solche der Kettenlänge

	1-30 (längste durchgehende Kette von aneinandergebundenen Atomen). Bevorzugte Alkylgruppen als Linker oder Spacer sind solche der Kettenlänge 1-20, insbesondere der Kettenlänge 1-14.
Alkenyl	Alkylgruppen bei denen eine oder mehrere der C-C Einfachbindungen durch C=C Doppelbindungen ersetzt sind.
Alkynyl	Alkyl- oder Alkenylgruppen bei denen eine oder mehrere der C-C Einfach- oder C=C Doppelbindungen durch C≡C Dreifachbindungen ersetzt sind.
Hetero-Alkyl	Alkylgruppen bei denen eine oder mehrere der C-H Bindungen oder C-C Einfachbindungen durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindungen ersetzt sind.
Hetero-Alkenyl	Alkenylgruppen bei denen eine oder mehrere C-H Bindungen, C-C Einfach- oder C=C Doppelbindungen durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindungen ersetzt sind.
Hetero-Alkynyl	Alkynylgruppen bei denen eine oder mehrere der C-H Bindungen, C-C Einfach-, C=C Doppel- oder C≡C Dreifachbindung durch C-N, C=N, C-P, C=P, C-O, C=O, C-S oder C=S Bindung ersetzt sind.
Linker	molekulare Verbindung zwischen zwei Molekülen bzw. zwischen einem Oberflächenatom, Oberflächenmolekül oder einer Oberflächenmolekülgruppe und einem anderen Molekül. In der Regel sind Linker als Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Hetero-Alkyl-, Hetero-Alkenyl- oder Heteroalkynylkette käuflich zu erwerben, wobei die Kette an zwei Stellen mit (gleichen oder verschiedenen) reaktiven Gruppen derivatisiert ist. Diese Gruppen bilden in einfachen/bekannten chemischen Reaktionen mit den entsprechenden Reaktionspartner eine kovalente chemische Bindung aus. Die reaktiven Gruppen können auch photoaktivierbar sein, d. h. die reaktiven Gruppen werden erst durch Licht bestimmter oder beliebiger Wellenlänge aktiviert.
Spacer	Linker, der über die reaktiven Gruppen an eine oder beide der zu verbindenden Strukturen (siehe Linker) kovalent angebunden ist, oder Substituent beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge mit bevorzugt endständiger reaktiver Gruppe.
PQQ	Pyrrolo-Chinolono-Chinon, 4,5-Dihydro-4,5-dioxo-1H-pyrrolo-[2,3-f]-chinolin-2,7,9-tricarboxylsäure)

TEATFB	Tetraethylammonium-tetrafluoroborat
sulfo-NHS	N-Hydroxysulfosuccinimid
EDC	(3-Dimethylaminopropyl)-carbodiimid
HEPES	N-[2-Hydroxyethyl]piperazin-N'-[2-ethansulfonsäure]
Tris	Tris-(hydroxymethyl)-aminomethan
EDTA	Ethylendiamin-Tetraacetat (Natriumsalz)
Cystamin	$(\text{H}_2\text{N}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-)_2$

modifizierte Oberflächen/Elektroden

Mica	Muskovit-Plättchen, Trägermaterial zum Aufbringen dünner Schichten.
Au-S-ss-oligo-PQQ	Gold-Film auf Mica mit kovalent aufgebracht Monolayer aus derivatisiertem 12Bp Einzelstrang Oligonukleotid (Sequenz: TAGTCGGAAGCA). Hierbei ist die endständige Phosphatgruppe des Oligonukleotids am 3' Ende mit $(\text{HO}-(\text{CH}_2)_2-\text{S})_2$ zum P-O- $(\text{CH}_2)_2-\text{S}-\text{S}-(\text{CH}_2)_2-\text{OH}$ verestert, wobei die S-S Bindung homolytisch gespalten wird und je eine Au-S-R Bindung bewirkt. Die endständige Base Thymin am 5'-Ende des Olegonukleotids ist am C-5 Kohlenstoff mit $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ modifiziert und dieser Rest wiederum ist über seine freien Aminogruppe durch Amidbildung mit einer Carbonsäuregruppen des PQQ verbunden.
Au-S-ds-oligo-PQQ	Au-S-ss-oligo-PQQ hybridisiert mit dem zu ss-oligo (Sequenz: TAGTCGGAAGCA) komplementären Oligonukleotid.

Elektrochemie

E	Elektrodenpotential das an der Arbeitselektrode anliegt.
E_0	Halbstufenpotential, Potential in der Mitte zwischen den Strom-Maxima für Oxidation und Reduktion einer in der Cyclovoltametrie reversiblen Elektrooxidation oder -reduktion.
i	Stromdichte (Strom pro cm^2 Elektrodenoberfläche)
Cyclovoltametrie	Aufzeichnung einer Strom/Spannungskurve. Hierbei wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode zeitabhängig linear

verändert, ausgehend von einem Potential bei dem keine Elektrooxidation oder -reduktion stattfindet bis zu einem Potential bei dem eine gelöste oder an die Elektrode adsorbierte Spezies oxidiert oder reduziert wird (also Strom fließt). Nach Durchlaufen des Oxidations- bzw. Reduktionsvorgangs, der in der Strom/Spannungskurve einen zunächst ansteigenden Strom und nach Erreichen eines Maximums einen allmählich abfallenden Strom erzeugt, wird die Richtung des Potentialvorschubs umgekehrt. Im Rücklauf wird dann das Verhalten der Produkte der Elektrooxidation oder -reduktion aufgezeichnet.

Amperometrie

Aufzeichnung einer Strom/Zeitkurve. Hierbei wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode z. B. durch einen Potentialsprung auf ein Potential gesetzt, bei dem die Elektrooxidation oder -reduktion einer gelösten oder adsorbierten Spezies stattfindet und der fließende Strom wird in Abhängigkeit von der Zeit aufgezeichnet.

Die vorliegende Erfindung betrifft ein Nukleinsäure-Oligomer, das durch chemischen Bindung einer redoxaktiven Substanz modifiziert ist. Als Nukleinsäure-Oligomer wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung bevorzugt ein DNA-, RNA- oder PNA-Fragment verwendet. Alternativ zu dem Begriff "Nukleinsäure-Oligomer" werden die Begriffe "(Probe-)Oligonukleotid" oder "Oligomer" verwendet. Die redoxaktive Substanz ist bei einem Potential ϕ selektiv oxidierbar und reduzierbar, wobei ϕ der Bedingung $2,0 \text{ V} \geq \phi \geq -2,0 \text{ V}$ genügt. Das Potential bezieht sich hierbei auf die freie, unmodifizierte, redoxaktive Substanz in einem geeigneten Lösungsmittel, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung ist der Potentialbereich $1,7 \text{ V} \geq \phi \geq -1,7 \text{ V}$ bevorzugt, wobei der Bereich $1,4 \text{ V} \geq \phi \geq -1,2 \text{ V}$ besonders bevorzugt ist und der Bereich $0,9 \text{ V} \geq \phi \geq -0,7 \text{ V}$, in dem die redoxaktive Substanz des Anwendungsbeispiels reduziert und reoxidiert wird, ganz besonders bevorzugt ist. Daneben betrifft die vorliegende Erfindung eine leitfähige Oberfläche, an die direkt oder indirekt (über einen Spacer) ein Nukleinsäure-Oligomer mit angebundener redoxaktiver Substanz chemisch gebunden ist. Außerdem betrifft die vorliegende Erfindung ein Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche, wobei ein modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer auf eine leitfähige Oberfläche aufgebracht wird. Gemäß einem weiteren Aspekt betrifft die vorliegende Erfindung ein Verfahren, das die

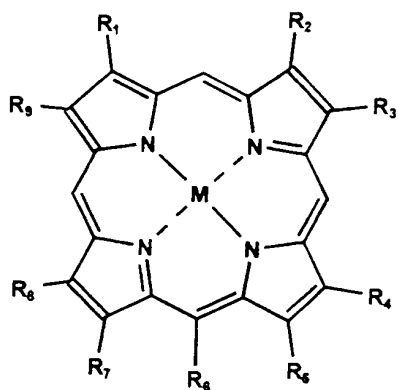
elektrochemische Detektion molekularer Strukturen, insbesondere die elektrochemische Detektion von DNA-/RNA-/PNA-Fragmenten in einer Probenlösung durch sequenzspezifische Nukleinsäure-Oligomer-Hybridisierung ermöglicht. Die Detektion der Hybridisierungsereignisse durch elektrische Signale ist eine einfache und kostengünstige Methode und ermöglicht in einer batteriebetriebenen Variante eines Sequenziergeräts den Einsatz vor Ort.

Bindung einer redoxaktiven Substanz an ein Nukleinsäure-Oligomer

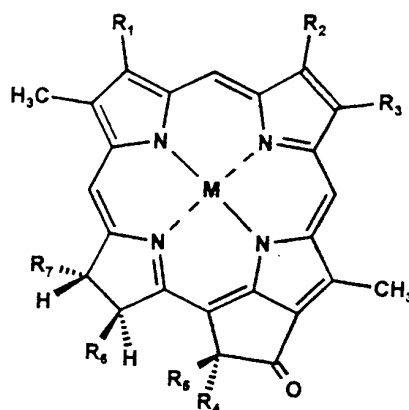
Voraussetzung für das erfindungsgemäße Verfahren ist die Bindung einer redoxaktiven Substanz an ein Nukleinsäure-Oligomer. Erfindungsgemäß kann dazu jede redoxaktive Substanz verwendet werden, solange sie bei einem Potential φ , das der Bedingung $2,0 \text{ V} \geq \varphi \geq -2,0 \text{ V}$ genügt, selektiv oxidierbar und reduzierbar ist. Das Potential bezieht sich hierbei auf die freie, unmodifizierte, redoxaktive Substanz in einem geeigneten Lösungsmittel, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung ist der Potentialbereich $1,7 \text{ V} \geq \varphi \geq -1,7 \text{ V}$ bevorzugt, wobei der Bereich $1,4 \text{ V} \geq \varphi \geq -1,2 \text{ V}$ besonders bevorzugt ist und der Bereich $0,9 \text{ V} \geq \varphi \geq -0,7 \text{ V}$, in dem die redoxaktive Substanz des Anwendungsbeispiels reduziert und reoxidiert wird, ganz besonders bevorzugt ist. Unter dem Begriff "selektiv oxidierbar und reduzierbar" wird im Rahmen der vorliegenden Erfindung eine Redoxreaktion, also Abgabe oder Aufnahme eines Elektrons, verstanden, welche selektiv am Ort der redoxaktiven Substanz stattfindet. Durch das angelegte Potential wird also letztendlich kein anderer Teil des Nukleinsäure-Oligomers reduziert oder oxidiert, sondern ausschließlich die an das Nukleinsäure-Oligomer gebundene redoxaktive Substanz.

Unter redoxaktiver Substanz wird erfindungsgemäß jedes beliebige Molekül verstanden, daß im elektrochemisch zugänglichen Potentialbereich der jeweiligen Trägeroberfläche (Elektrode) durch Anlegen einer äußeren Spannung an dieser Elektrode elektrooxidiert/-reduziert werden kann. Neben üblichen organischen und anorganischen redoxaktiven Substanzen wie z. B. Hexacyanoferraten, Ferrocenen, Acridinen oder Phtalocyaninen eignen sich zur Anbindung an das Probe-Oligonukleotid insbesondere redoxaktive Farbstoffe wie z. B. (Metallo-) Porphyrine der allgemeinen Formel 1, (Metallo-) Chlorophylle der allgemeinen Formel 2 oder (Metallo-) Bakteriochlorophylle der allgemeinen Formel 3, verbrückte Porphyrin-Chinon-Systeme, sogenannte Cyclophane, von denen exemplarisch eines in der allgemeinen Formel 4 dargestellt ist, (farbige) natürlich vorkommende Oxidations-Agentien wie z. B. Flavine der allgemeinen Formel 5, Pyridin-Nukleotide der

allgemeinen Formel 6 oder Pyrrolo-Chinolin-Chinone (PQQ) der allgemeinen Formel 7 oder sonstige Chinone wie z. B 1,4-Benzochinone der allgemeinen Formel 8, 1,2-Benzochinone der allgemeinen Formel 9, 1,4-Naphtochinone der allgemeinen Formel 10, 1,2-Naphtochinone der allgemeinen Formel 11 oder 9,10-Anthrachinone der allgemeinen Formel 12.

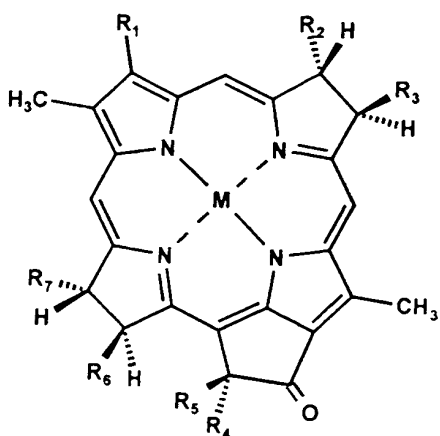


Formel 1

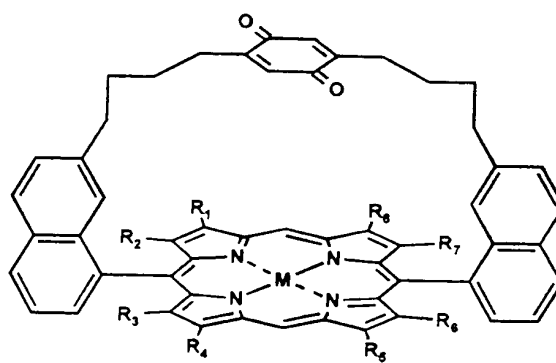


Formel 2

M = 2H, Mg, Zn, Cu, Ni, Pd, Co, Cd, Mn, Fe, Sn, Pt etc.; R₁ bis R₈ = beliebiger Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkynyl-Substituent.

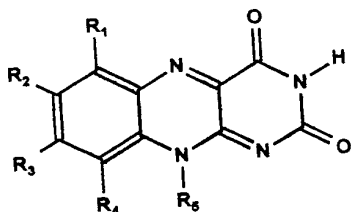


Formel 3

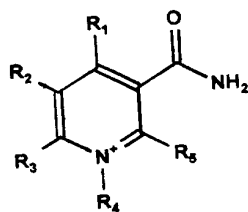


Formel 3

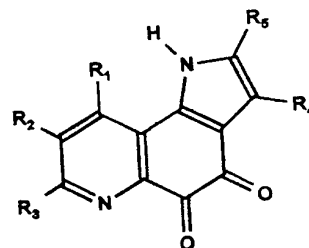
M = 2H, Mg, Zn, Cu, Ni, Pd, Co, Cd, Mn, Fe, Sn, Pt etc.; R₁ bis R₈ = beliebiger Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkinyl-Substituent.



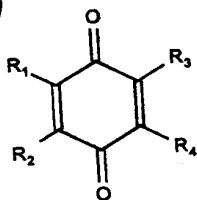
Formel 5



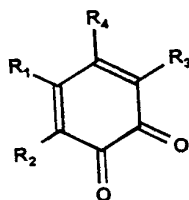
Formel 6



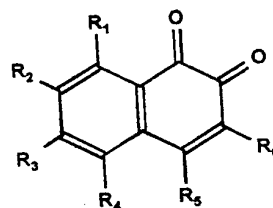
Formel 7



Formel 8

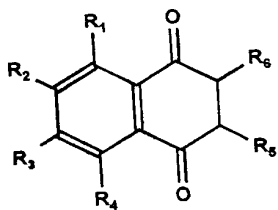


Formel 9

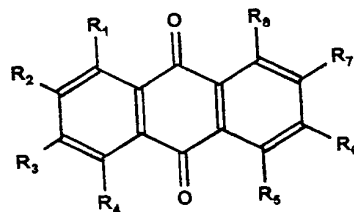


Formel 10

R₁ bis R₈ = beliebiger Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkinyl-Substituent.



Formel 11



Formel 12

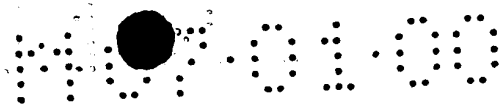
R₁ bis R₈ = beliebiger Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkinyl-Substituent.

Erfindungsgemäß wird eine redoxaktive Substanz an ein Oligonukleotid kovalent durch die Reaktion des Oligonukleotids mit der redoxaktiven Substanz gebunden. Diese Bindung kann auf zwei verschiedene Arten durchgeführt werden:

- a) Als reaktive Gruppe zur Bindungsbildung am Oligonukleotid werden die Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen des Oligonukleotid-Phosphatgerüsts, insbesondere endständige 3'- oder 5'-Gruppen, verwendet. Die Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen weisen eine erhöhte Reaktivität auf und gehen daher leicht typische Reaktionen wie z. B. Amidbildung mit (primären oder sekundären) Aminogruppen, Esterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Alkoholen oder Thioesterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkoholen ein. Die zur kovalenten Anbindung der redoxaktiven Substanz nötige Kopplungsgruppe (Amin-, Alkohol- oder Thioalkoholfunktion) ist entweder natürlicherweise an der redoxaktiven Substanz vorhanden oder wird durch chemische Modifikation der redoxaktiven Substanz erhalten.
- b) Das Oligonukleotid ist über einen kovalent angeordneten Molekülteil (Spacer) beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge (längste durchgehende Kette von aneinandergebundenen Atomen), insbesondere der Kettenlänge 1 bis 14, mit einer reaktiven Gruppe modifiziert. Die Modifikation erfolgt bevorzugt in der Nähe des freien 5'- oder 3'-Endes des Oligonukleotids. Als Spacer kann z.B. ein Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkynylsubstituent verwendet werden. Mögliche einfache Reaktionen zur Ausbildung der kovalenten Bindung zwischen redoxaktiver Substanz und des so modifizierten Oligonukleotids sind wie unter a) beschrieben, die Amidbildung aus Säure- und Amino-Gruppe, die Esterbildung aus Säure- und Alkohol-Gruppe, die Thioesterbildung aus Säure- und Thio-Alkohol-Gruppe oder daneben die Kondensation von Aldehyd und Amin mit anschließender Reduktion der entstandenen CH=N Bindung zur $\text{CH}_2\text{-NH}$ Bindung.

Erfindungsgemäß kann die Bindung der redoxaktiven Substanz an das Oligonukleotid vor oder nach der Bindung des Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche erfolgen. Die Anbindung der redoxaktiven Substanz an das auf der leitfähigen Oberfläche gebundene Oligonukleotid erfolgt ebenfalls wie unter a) und b) beschrieben.

Bei mehreren verschiedenen Oligonukleotid-Kombinationen (Test-Sites) auf einer gemeinsamen Oberfläche ist es vorteilhaft, die (kovalente) Anbindung der redoxaktiven Substanz an die Probe-Oligonukleotide durch geeignete Wahl der



reaktiven Gruppe an den freien Probe-Oligonukleotidenden der verschiedenen Test-Sites für die gesamte Oberfläche zu vereinheitlichen.

Die leitfähige Oberfläche

Unter dem Begriff "leitfähige Oberfläche" wird erfindungsgemäß jeder Träger mit einer elektrisch leitfähigen Oberfläche beliebiger Dicke verstanden, insbesondere Oberflächen aus Platin, Palladium, Gold, Cadmium, Quecksilber, Nickel, Zink, Kohlenstoff, Silber, Kupfer, Eisen, Blei, Aluminium und Mangan. Im Rahmen der vorliegenden Erfindung werden die Begriffe "Elektrode" und "leitfähige (Träger-) Oberfläche" alternativ zu "leitfähige Oberfläche" gebraucht.

Daneben können auch beliebige dotierte oder nicht dotierte Halbleiteroberflächen beliebiger Dicke verwendet werden. Sämtliche Halbleiter können als Reinsubstanzen oder als Gemische Verwendung finden. Als nicht einschränkend gemeinte Beispiele seien an dieser Stelle Kohlenstoff, Silizium, Germanium, α -Zinn, Cu(I)- und Ag(I)-Halogenide beliebiger Kristallstruktur genannt. Geeignet sind ebenfalls sämtliche binären Verbindungen beliebiger Zusammensetzung und beliebiger Struktur der Elemente der Gruppen 14 und 16, der Elemente der Gruppen 13 und 15, sowie der Elemente der Gruppen 15 und 16. Daneben können ternäre Verbindungen beliebiger Zusammensetzung und beliebiger Struktur der Elemente der Gruppen 11, 13 und 16 oder der Elemente der Gruppen 12, 13 und 16 verwendet werden. Die Bezeichnungen der Gruppen des Periodensystems der Elemente beziehen sich auf die IUPAC-Empfehlung von 1985.

Bindung eines Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche

Erfindungsgemäß wird ein Oligonukleotid direkt oder über einen Linker/Spacer mit den Trägeroberflächenatomen oder -molekülen einer leitfähigen Trägeroberfläche der oben beschriebenen Art verknüpft. Diese Bindung kann auf drei verschiedene Arten durchgeführt werden:

- a) Die Trägeroberfläche wird so modifiziert, daß eine reaktive Molekül-Gruppe zugänglich ist. Dies kann durch direkte Derivatisierung der Oberflächenmoleküle, z. B. durch naßchemische oder elektrochemische Oxidation/Reduktion geschehen. So kann z. B. die Oberfläche von Graphitelektroden durch Oxidation naßchemisch mit Aldehyd- oder Carbonsäuregruppen versehen werden. Elektrochemisch besteht z.

B. die Möglichkeit durch Reduktion in Gegenwart von Aryl-Diazoniumsalzen das entsprechende (funktionalisierte, also mit reaktiver Gruppe versehene) Aryl-Radikal oder durch Oxidation in Gegenwart von $R'CO_2H$ das (funktionalisierte) R' -Radikal auf der Graphit-Elektrodenoberfläche anzukoppeln. Ein Beispiel der direkten Modifikation von Halbleiteroberflächen ist die Derivatisierung von Siliziumoberflächen zu reaktiven Silanolen, d. h. Silizium-Träger mit $Si-OR''$ Gruppen an der Oberfläche, wobei R'' ebenso wie R' einen beliebigen organischen Rest darstellt (z.B. Alkyl-, Alkenyl-, Alkynyl-, Heteroalkyl-, Heteroalkenyl- oder Heteroalkinylsubstituent). Alternativ kann die gesamte Oberfläche durch die kovalente Anbindung einer reaktiven Gruppe eines bifunktionalen Linkers modifiziert werden, so daß auf der Trägeroberfläche eine monomolekulare Schicht beliebiger Moleküle entsteht, die, bevorzugt endständig, eine reaktive Gruppe enthalten. Unter dem Begriff "bifunktionaler Linker" wird jedes Molekül beliebiger Kettenlänge, insbesondere der Kettenlängen 0-14, mit zwei gleichen (homo-bifunktional) oder zwei verschiedenen (hetero-bifunktional) reaktiven Molekül-Gruppen verstanden.

Sollen mehrere verschiedene Test-Sites auf der Trägeroberfläche durch Ausnutzen der Methodik der Photolithographie gebildet werden, so ist mindestens eine der reaktiven Gruppen des homo- oder hetero-bifunktionalen Linkers eine photoaktivierbare, d. h. eine erst durch Lichteinstrahlung bestimmter oder beliebiger Wellenlänge reaktiv werdende Gruppe. Dieser Linker wird so aufgebracht, daß die/eine photoaktivierbare reaktive Gruppe nach der kovalenten Anbindung des Linkers auf der Oberfläche zur Verfügung steht. An die so modifizierte Trägeroberfläche werden die Oligonukleotide kovalent angebunden, wobei diese selbst über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 0-14, mit einer reaktiven Gruppe modifiziert sind, bevorzugt in der Nähe des 3'- oder 5'-Endes des Oligonukleotids. Bei der reaktiven Gruppe des Oligonukleotids handelt es sich um Gruppen, die direkt (oder indirekt) mit der modifizierten Trägeroberfläche unter Ausbildung einer kovalenten Bindung reagieren. Daneben kann an die Oligonukleotide in der Nähe ihres anderen Endes (5'- oder 3'-Ende) die redoxaktive Substanz oder eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei die reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 0-14, angebunden ist.

b) Das Oligonukleotid, das auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht werden soll, ist über einen kovalent angebundenen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 0-14, mit einer reaktiven Gruppe modifiziert, wobei sich die reaktive Gruppe bevorzugt in der Nähe des 3'- oder 5'-

Endes des Oligonukleotids erfolgt. Bei der reaktiven Gruppe handelt es sich um Gruppen, die direkt mit der unmodifizierten Trägoberfläche reagieren können. Beispiele hierfür sind: (i) Thiol- (HS-) oder Disulfid- (S-S-) derivatisierte Oligonukleotide der allgemeinen Formel HS-Spacer-oligo bzw. R-S-S-Spacer-oligo oder oligo-Spacer-S-S-Spacer-oligo, die mit einer Goldoberfläche unter Ausbildung einer Gold-Schwefelbindung reagieren oder (ii) Amine, die sich durch Chemi- oder Physikosorption an Platin- oder Silizium-Oberflächen anlagern. Daneben kann an die Oligonukleotide in der Nähe ihres anderen Endes (5'- oder 3'-Ende) die redoxaktive Substanz oder eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei die reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 0-14, angebunden ist.

c) Als reaktive Gruppe am Probe-Oligonukleotid werden die Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen des Oligonukleotid-Phosphatgerüsts, insbesondere endständige 3'- oder 5'-Gruppen, verwendet. Die Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Gruppen weisen eine erhöhte Reaktivität auf und gehen daher leicht typische Reaktionen wie z. B. Amidbildung mit (primären oder sekundären) Aminogruppen, Esterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkoholen oder Thioesterbildung mit (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkoholen ein. Die nötige Kopplungs-Gruppe zur kovalenten Anbindung an die Säurefunktion ist in diesem Fall ein Teil der Oberflächenderivatisierung mit einer (monomolekularen) Schicht beliebiger Moleküllänge wie unter a) (Abschnitt "Bindung eines Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche") beschrieben. Daneben kann an die Oligonukleotide in der Nähe ihres anderen Endes (5'- oder 3'-Ende) die redoxaktive Substanz oder eine weitere reaktive Gruppe gebunden sein, wobei die reaktive Gruppe wiederum, wie oben beschrieben, direkt oder über einen Spacer beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge, insbesondere der Kettenlänge 0-14, angebunden ist.

Die Bindung des Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche kann alternativ vor oder nach der Anbindung der redoxaktiven Substanz an das Oligonukleotid bzw. vor oder nach Anbinden des mit einer reaktiven Gruppe versehenen Spacers zur Bindung der redoxaktiven Substanz erfolgen. Die Bindung des bereits modifizierten Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche, d. h. die Bindung an die Oberfläche nach der Anbindung der redoxaktiven Substanz an das Oligonukleotid bzw. nach der Anbindung des mit einer reaktiven Gruppe versehenen Spacers zur Bindung der redoxaktiven Substanz, erfolgt ebenfalls wie unter a) bis c) (Abschnitt "Bindung eines Oligonukleotids an die leitfähige Oberfläche") beschrieben.

۵۱۹

Vorteilhafterweise werden gemäß dem Verfahren zur elektrochemischen Detektion mehrere Probe-Oligonukleotide unterschiedlicher Sequenz, idealerweise alle



möglichen Kombinationen des Nukleinsäure-Oligomers, auf einem Oligomer- oder DNA-Chip aufgebracht, um die Sequenz eines beliebigen Target-Oligomers oder einer (fragmentierten) Target-DNA zu detektieren bzw. um Mutationen im Target aufzuspüren und sequenzspezifisch nachzuweisen. Dazu werden auf einer leitfähigen Trägeroberfläche die Trägeroberflächenatome oder -moleküle eines definierten Bereichs (einer Test-Site) mit DNA-/RNA-/PNA-Oligonukleotiden bekannter, aber beliebiger Sequenz, wie oben beschrieben, verknüpft. Als Probe-Oligonukleotide werden Nukleinsäure-Oligomere (DNA-, RNA- oder PNA-Fragmente) der Basenlänge 3 bis 30, bevorzugt der Länge 5 bis 25, besonders bevorzugt der Länge 6 bis 18 verwendet. Erfindungsgemäß wird an die Probe-Oligonukleotide entweder vor oder nach deren Bindung an die leitfähige Oberfläche eine redoxaktive Substanz gebunden.

Erfolgt die Modifikation der Probe-Oligonukleotide vor der Bindung an die leitfähige Oberfläche, so werden die bereits modifizierten Probe-Oligonukleotide wie oben beschrieben an die leitfähige Oberfläche gebunden. Alternativ werden die nicht modifizierten, an die leitfähige Oberfläche gebundenen Probe-Oligonukleotide am anderen, freien Ende der Oligonukleotidkette direkt oder indirekt über einen Spacer mit einer redoxaktiven Substanz modifiziert.

In beiden Fällen entsteht ein Oberflächen-Hybrid der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Redox (Figur 3). Die elektrische Kommunikation zwischen der (leitfähigen) Trägeroberfläche und dem über ein Einzelstrang-Oligonukleotid verbrückten Redoxpaar ("Redox") in der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Redox ist schwach oder gar nicht vorhanden.

In einem nächsten Schritt werden die Test-Sites mit der zu untersuchenden Oligonukleotid-Lösung (Target) in Kontakt gebracht. Dabei kommt es nur in dem Fall zur Hybridisierung, wenn die Lösung Oligonukleotid-Stränge enthält, die zu den an die leitfähige Oberfläche gebundenen Probe-Oligonukleotiden komplementär, oder zumindest in weiten Bereichen komplementär sind. Im Falle der Hybridisierung zwischen Probe und Target kommt es zu einer verstärkten Leitfähigkeit zwischen der Trägeroberfläche und der redoxaktiven Substanz, da diese nunmehr über das aus einem Doppelstrang bestehende Oligonukleotid verbrückt sind (in Figur 3 an einem Beispiel der Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Redox schematisch gezeigt).

Durch die Veränderung der elektrischen Kommunikation zwischen der (leitfähigen) Trägeroberfläche und der redoxaktiven Substanz aufgrund der Hybridisierung von Probe-Oligonukleotid und dem dazu komplementären Oligonukleotid-Strang (Target)

kann somit ein sequenzspezifisches Hybridisierungsereignis durch elektrochemische Verfahren wie z. B. Cyclovoltammetrie, Amperometrie oder Leitfähigkeitsmessungen detektiert werden.

Bei der Cyclovoltammetrie wird das Potential einer stationären Arbeitselektrode zeitabhängig linear verändert. Ausgehend von einem Potential bei dem keine Elektrooxidation oder -reduktion stattfindet, wird das Potential solange verändert bis die redoxaktive Substanz oxidiert oder reduziert wird (also Strom fließt). Nach Durchlaufen des Oxidations- bzw. Reduktionsvorgangs, der in der Strom/Spannungskurve einen zunächst ansteigenden Strom, einen Maximalstrom (Peak) und dann einen allmählich abfallenden Strom erzeugt, wird die Richtung des Potentialvorschubs umgekehrt. Im Rücklauf wird dann das Verhalten der Produkte der Elektrooxidation oder -reduktion aufgezeichnet.

Eine alternative elektrische Detektionsmethode, die Amperometrie, wird dadurch ermöglicht, daß die redoxaktive Substanz durch Anlegen eines geeigneten, konstant gehaltenen Elektrodenpotentials zwar elektrooxidiert (elektroreduziert) wird, die Rereduktion (Reoxidation) der redoxaktiven Substanz in den ursprünglichen Zustand aber nicht durch Änderung des Elektrodenpotentials erreicht wird, wie in der Cyclovoltammetrie, sondern durch ein der Targetlösung zugesetztes geeignetes Reduktionsmittel (Oxidationsmittel), wodurch der Stromkreis des Gesamtsystems geschlossen wird. Solange Reduktionsmittel (Oxidationsmittel) vorhanden ist bzw. solange verbrauchtes Reduktionsmittel (Oxidationsmittel) an der Gegenelektrode rereduziert (reoxidiert) wird, fließt Strom, der amperometrisch detektiert werden kann und der proportional zur Zahl der Hybridisierungsereignisse ist.

Kurze Beschreibung der Zeichnungen

Die Erfindung soll nachfolgend anhand eines Ausführungsbeispiels im Zusammenhang mit den Zeichnungen näher erläutert werden. Es zeigen

Fig. 1 Schematische Darstellung des Sanger-Verfahrens der Oligonukleotid-Sequenzierung;

Fig. 2 Schematische Darstellung der Oligonukleotid-Sequenzierung durch Hybridisierung auf einem Chip;

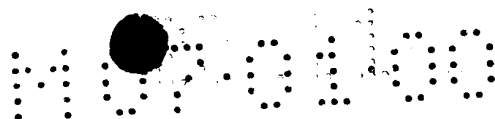


Fig. 3

Schematische Darstellung des Oberflächen-Hybrids der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Redox mit einem 12 Bp Probe-Oligonukleotid der exemplarischen Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' (links) und Au-S-ss-oligo-PQQ im hybridisierten Zustand als Ausführungsbeispiel einer Elek-Spacer-ss-oligo-Spacer-Redox, wobei nur ein Teil des Probeoligonukleotids mit hybridisierten Komplementärstrang gezeigt ist (rechts);

Fig. 4

Cyclovoltogramm einer Test-Site aus Au-S-ss-oligo-PQQ (gepunktet) im Vergleich zu einer identischen Test-Site mit vollständig hybridisiertem Target (Au-S-ds-oligo-PQQ, durchgezogene Linie);

Fig. 5

Cyclovoltogramm einer Test-Site mit vollständig hybridisiertem Target (Au-S-ds-oligo-PQQ) (durchgezogene Linie) im Vergleich zu einer Test-Site mit hybridisiertem Target, das 2 Basenpaar Mismatches aufweist (Au-S-ds-oligo-PQQ mit 2 Bp Mismatches, gestrichelt).

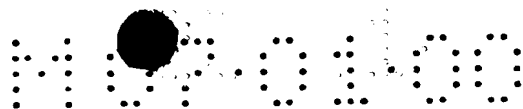
Wege zur Ausführung der Erfindung

Eine exemplarische Test-Site mit hybridisiertem Target (Au-S-ds-oligo-PQQ) der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ds-oligo-Spacer-Redox ist in Figur 3 dargestellt. In dem Beispiel der Figur 3 ist die Trägeroberfläche eine Gold-Elektrode. Die Verbindung zwischen Gold-Elektrode und Probe-Oligonukleotid wurde mit dem Linker $(\text{HO}-(\text{CH}_2)_2\text{S})_2$ aufgebaut, der mit der endständigen Phosphatgruppe am 3' Ende zu $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2\text{OH}$ verestert wurde und nach homolytischer Spaltung der S-S Bindung an der Gold-Oberfläche je eine Au-S Bindung bewirkte, womit 2-Hydroxy-mercaptoethanol und Mercaptoethanol-verbrücktes Oligonukleotid auf der Oberfläche koadsorbiert wurde. Die redoxaktive Substanz im Beispiel der Figur 3 ist tricarboxylisches Pyrrolo-Chinolin-Chinon (PQQ), wobei eine der drei Carbonsäurefunktionen des PQQ (im Beispiel die C-7-CO₂H-Funktion) zur kovalenten Anbindung des PQQ an das Probe-Oligonukleotid verwendet wurde (Amidbildung unter Wasserabspaltung mit der terminalen Aminofunktion des an die C-5-Position des 5'-Thymins angebundenen $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2\text{CH}_2\text{NH}_2$ Spacers). Sowohl freies, unmodifiziertes PQQ als auch über einen kurzen Spacer der Kettenlänge 1-6, wie z. B. $-\text{S}-(\text{CH}_2)_2\text{NH}-$, oder über (modifiziertes) Doppelstrang-Oligonukleotid mit der Trägeroberfläche verbrücktes PQQ wird, z. B. in HEPES Puffer mit 0.7 molarem Zusatz von TEATFB (siehe Abkürzungen), im

Potentialbereich $0,7 \text{ V} \geq \phi \geq 0,0 \text{ V}$, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode, selektiv reduziert und reoxidiert.

Die elektrische Kommunikation zwischen der (leitfähigen) Trägeroberfläche und dem über Einzelstrang-Oligonukleotid verbrückten Redoxpaar in der allgemeinen Struktur Elek-Spacer-ds-oligo-Spacer-Redox ist schwach oder gar nicht vorhanden. Für die exemplarische Test-Site Au-S-ss-oligo-PQQ (mit 12-Bp Probe-Oligonukleotiden) ist dies anhand der Cyclovoltammetrie (Figur 4) gezeigt. Ohne an eine theoretische Beschreibung gebunden sein zu wollen, wird angenommen, daß die negativen Ladungen des Phosphatgerüsts eine gegenseitig Abstoßung der Oligonukleotid-Einzelstränge bedingen und so einen Aufbau der -Spacer-ds-oligo-Spacer-Redox Kette (in Richtung Helixachse) unter einem Winkel $\phi < 70^\circ$ zur Normalen der Trägeroberfläche („stehende Röhren“) erzwingen. Die (hybridisierte) Test-Site Au-S-ds-oligo-PQQ der Figur 3 weist einen Aufbau mit $\phi = 30^\circ$ auf. Aufgrund der Länge der -Spacer-ds-oligo-Spacer-Redox Kette (z. B. ca. 40 \AA Länge eines 12-Basenpaar-Oligonukleotids; $> 10 \text{ \AA}$ Länge eines Spacers) entsteht bei $\phi < 70^\circ$ zwischen Trägeroberfläche und redoxaktiver Substanz ein Abstand von $> 17 \text{ \AA}$. Dadurch kann ein direkter Elektron- oder Lochtransfer zwischen Trägeroberfläche und redoxaktiver Substanz ausgeschlossen werden. Durch Behandlung der Test-Site(s) mit einer zu untersuchenden Oligonukleotid-Lösung, kommt es, im Falle der Hybridisierung zwischen Probe und Target zu einer verstärkten Leitfähigkeit zwischen der Trägeroberfläche und dem über das Doppelstrang-Oligonukleotid verbrückten Redoxpaar. Die Änderung der Leitfähigkeit äußert sich cyclovoltammetrisch in einem deutlichen Stromfluß zwischen Trägeroberfläche und Redoxaktiver Substanz (Figur 4). Damit ist es möglich, die sequenzspezifische Hybridisierung des Targets mit den Probe-Oligonukleotiden durch elektrochemische Verfahren wie z. B. cyclische Voltammetrie zu detektieren.

Daneben können fehlerhafte Basenpaarungen (Basenpaar Mismatches) durch eine geänderte cyclovoltammetrische Charakteristik erkannt werden (Figur 5). Ein Mismatch äußert sich in einem größeren Potentialabstand zwischen den Strommaxima der Elektoreduktion und der Elektoreoxidation (Umkehrung der Elektoreduktion bei umgekehrter Potentialvorschubrichtung) bzw. der Elektrooxidation und Elektrorereduktion in einem cyclovoltammetrisch reversiblen Elektronenübertragungsprozess zwischen der elektrisch leitenden Trägeroberfläche und der redoxaktiven Substanz. Dieser Umstand wirkt sich vor allem in der amperometrischen Detektion günstig aus, da dort der Strom bei einem Potential getestet werden kann (bei einem Potential $E-E_0$ von ca. $0,03 \text{ V}$ im Beispiel der Figur



5), bei dem zwar das perfekt hybridisierende Oligonukleotid-Target signifikant Strom liefert, nicht aber das fehlerhaft gepaarte Oligonukleotid-Target.

Beispiel 1: Herstellung der Oligonukleotid-Elektrode Au-S-ds-oligo-PQQ. Die Herstellung von Au-S-ds-oligo-PQQ gliedert sich in 4 Teilabschnitte, nämlich Darstellung der Trägeroberfläche, Hybridisierung des Probe-Oligonukleotids mit dem komplementären Doppelstrang (Hybridisierungsschritt), Derivatisierung der Trägeroberfläche mit dem Doppelstrang-Oligonukleotid (Inkubationsschritt) und Anbindung der redoxaktiven Substanz (Redoxschritt).

Das Trägermaterial für die kovalente Anbindung der Doppelstrang-Oligonukleotide bildet ein ca. 100nm dünner Gold-Film auf Mica (Muskovit Plättchen). Dazu wurde in einer elektrischen Entladungskammer frisch gespaltenes Mica mit einem Argon-Ionenplasma gereinigt und durch elektrische Entladung Gold (99.99%) in einer Schichtdicke von ca. 100nm aufgebracht. Anschließend wurde der Gold-Film mit 30 % H_2O_2 / 70 % H_2SO_4 von Oberflächenverunreinigungen befreit (Oxidation organischer Ablagerungen) und für ca. 20 Minuten in Ethanol getaucht, um an der Oberfläche adsorbierten Sauerstoff zu verdrängen. Nach Abspülen der Trägeroberfläche mit bidestilliertem Wasser wird auf die horizontal gelagerte Trägeroberfläche eine vorher bereitete 0.1 molare Lösung des (modifizierten) Doppelstrang-Oligonukleotids aufgetragen, so daß die komplette Trägeroberfläche benetzt wird (Inkubationsschritt, siehe auch unten).

Zur Bereitung der ds-Oligonukleotid Lösung wurde ein doppelt modifiziertes 12 Bp Einzelstrang-Oligonukleotid der Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' verwendet, das an der Phosphatgruppe des 3' Endes mit $(\text{HO}-(\text{CH}_2)_2\text{S})_2$ zum $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2\text{OH}$ verestert ist. Am 5'-Ende ist die endständige Base des Oligonukleotids, Thymin, am C-5 Kohlenstoff mit $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ modifiziert. Eine 0.2 molare Lösung dieses Oligonukleotids im Hybridisierungspuffer (10 mM Tris, 1 mM EDTA, pH 7.5 mit 0.7 molarem Zusatz von TEATFB, siehe Abkürzungen) wurde mit einer 0.2 molaren Lösung des (unmodifizierten) komplementären Strang im Hybridisierungspuffer bei Raumtemperatur für ca. 2h hybridisiert (Hybridisierungsschritt). Während einer Reaktionszeit von ca. 12-24h wurde der Disulfidspacer $\text{P-O}-(\text{CH}_2)_2\text{S-S}-(\text{CH}_2)_2\text{OH}$ des Oligonukleotids homolytisch gespalten. Dabei bildet der Spacer mit Au-Atomen der Oberfläche eine kovalente Au-S Bindung aus, wodurch es zu einer 1:1 Koadsorption des ds-Oligonukleotids und des 2-Hydroxy-mercaptoethanols kommt (Inkubationsschritt).



Die so mit einer dichten (1:1) Monolayer aus ds-Oligonukleotid und 2-Hydroxy-mercaptoethanol modifizierte Goldelektrode wurde mit bidestilliertem Wasser gewaschen und anschließend mit einer Lösung von 3×10^{-3} molarem Chinon PQQ, 10^{-2} molarem EDC und 10^{-2} molarem sulfo-NHS in HEPES Puffer benetzt. Nach einer Reaktionszeit von ca. 1h bindet der $-\text{CH}=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{NH}_2$ Spacer das PQQ kovalent an (Amidbildung zwischen der Aminogruppe des Spacers und einer Säurefunktion des PQQ, Redoxschritt).

Die Aufklärung der Oberflächenbeschaffenheit mit XPS (X-Ray Photoelektronenspektroskopie) ergab eine maximal dicht gepackte Monolayer aus 1:1 koadsorbiertem ds-Oligonukleotid und 2-Hydroxy-mercaptoethanol (4.7×10^{12} ds-Oligonukleotide/ cm^2), wobei die lange Achse (Richtung der Helixachse) der ds-Oligonukleotide mit der Flächennormalen der Goldoberfläche einen Winkel von $\phi \approx 30^\circ$ bildet.

Beispiel 2: Herstellung der Oligonukleotid-Elektrode Au-S-ss-oligo-PQQ. Analog zur Darstellung des Systems Au-S-ds-oligo-PQQ wird die Trägeroberfläche mit modifiziertem Einzelstrang-Oligonukleotid derivatisiert, wobei lediglich auf die Hybridisierung des modifizierten Oligonukleotids der Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' mit seinem komplementären Strang verzichtet wurde und im Inkubationsschritt nur das doppelt modifizierte 12 Bp Einzelstrang-Probe-Oligonukleotid (siehe Beispiel 1) als 0.1 molare Lösung in Wasser und in Gegenwart von 10^{-2} molarem Tris, 10^{-3} molarem EDTA und 0.7 molarem TEATFB (oder 1 molarem NaCl) bei pH 7.5 verwendet wurde. Der Redoxschritt wurde, wie in Beispiel 1 angegeben, durchgeführt.

Beispiel 3: Herstellung der Oligonukleotid-Elektrode Au-S-ds-oligo-PQQ mit 2-Bp-Mismatches. Die Herstellung einer Trägeroberfläche derivatisiert mit modifiziertem Doppelstrang-Oligonukleotid wurde analog zur Darstellung des Systems Au-S-ds-oligo-PQQ durchgeführt, wobei lediglich bei der Hybridisierung des modifizierten Oligonukleotids der Sequenz 5'-TAGTCGGAAGCA-3' ein komplementärer Strang verwendet wurde (Sequenz: 5'-ATCAGATTTCGT-3'), bei dem die eigentlich komplementären Basen Nr. 6 und 7 (vom 5'-Ende gezählt) von C nach A bzw. von C nach T modifiziert wurden, um so zwei Basenpaar Mismatches einzuführen.

Beispiel 4: Herstellung einer Oligonukleotid-Elektrode Au-S-ss-oligo-PQQ mit erhöhtem Inter-Oligonukleotid-Abstand. Bei der Herstellung der Test-Sites muß bei der Derivatisierung der Trägeroberfläche mit Einzelstrang-Probe-Oligonukleotid darauf geachtet werden, daß zwischen den angebundenen Einzelsträngen genügend Platz ist, um eine Hybridisierung mit dem Target-Oligonukleotid zu



ermöglichen. Dazu bieten sich drei verschiedene Vorgehensweisen an: (a) Herstellung einer Au-S-ds-oligo-PQQ Elektrode wie in Beispiel 1 beschrieben mit anschließender thermischer Dehybridisierung der Doppelstränge bei Temperaturen von $T > 40\text{ }^{\circ}\text{C}$. (b) Herstellung einer Au-ss-oligo-PQQ Elektrode wie unter Beispiel 2 beschrieben, aber im Inkubationsschritt zur Derivatisierung der Goldoberfläche mit (doppelt derivatisiertem) Einzelstrang-Oligonukleotid wird 2-Hydroxy-mercaptoethanol oder ein anderer Thiol- oder Disulfid-Linker geeigneter Kettenlänge 10^{-5} bis 10^{-1} molar zugesetzt (je nach gewünschtem Inter-Oligonukleotid-Abstand), das gemeinsam mit dem Einzelstrang Oligonukleotid an die Goldoberfläche koadsorbiert. (c) Herstellung einer Au-ss-oligo-PQQ Elektrode wie unter Beispiel 2 beschrieben, aber unter Weglassen des 0.7 molaren Zusatzes an Elektrolyten (im Beispiel TEATFB) im Inkubationsschritt zur Derivatisierung der Goldoberfläche mit (doppelt derivatisiertem) Einzelstrang-Oligonukleotid. Die Phosphatgruppen und Basen-Sickstoffatome des Oligonukleotids sind durch die Abwesenheit des Salzes elektrostatisch nicht abgeschirmt und wechselwirken stark mit der Goldoberfläche. Dadurch kommt es zu einer flachen Anlagerung der Oligonukleotide auf der Elektrodenoberfläche ($\phi > 60\text{ }^{\circ}$) und es werden pro Flächeneinheit deutlich weniger Oligonukleotide gebunden. Anschließend können die Oligonukleotide wieder in die gewünschte Position gebracht werden, indem in einem 2. Inkubationsschritt (vor oder nach Anbringen des PQQ) 2-Hydroxy-mercaptoethanol oder ein anderer Thiol- oder Disulfid-Linker geeigneter Kettenlänge kovalent an die noch freien Oberflächen-Goldatome angebunden wird. Dazu wird die weniger dicht mit Einzelstrang-Oligonukleotid belegte Elektrode vor oder nach Modifikation mit PQQ (Au-S-ss-oligo bzw. Au-S-ss-oligo-PQQ) mit einer ca. 5×10^{-2} molaren Lösung des 2-Hydroxy-mercaptoethanols oder eines anderen Thiol- oder Disulfid-Linkers geeigneter Kettenlänge in Ethanol oder HEPES Puffer (bzw. einem Gemisch daraus, abhängig von der Löslichkeit des Thiols) benetzt und 2-24h inkubiert.

Beispiel 5: Durchführung der cyclovoltammetrischen Messungen. Die cyclovoltammetrischen Messungen wurden mit einem Computer-kontrolliertem Bipotentiostaten (CH Instruments, Model 832) bei Raumtemperatur in einer Standard Zelle mit 3-Elektroden-Anordnung vermessen. Die modifizierte Goldelektrode wurde als Arbeitselektrode verwendet, als Hilfselektrode (Gegenelektrode) diente ein Platindraht und als Referenzelektrode zur Potentialbestimmung wurde eine über eine Luggin Kapillare vom Probenraum abgetrennte Ag/AgCl-Elektrode mit interner gesättigter KCl Lösung verwendet. Als Elektrolyt diente 0.7 molares TEATFB oder 1 molares NaCl. Ein Cyclovoltogramm der Au-S-ds-oligo-PQQ Elektrode im Vergleich zu einer Au-S-ss-oligo-PQQ Elektrode ist in Figur 4 gezeigt, die Auswirkung der 2 Bp Mismatches auf das Cyclovoltogramm der Au-S-ds-oligo-PQQ Elektrode ist in

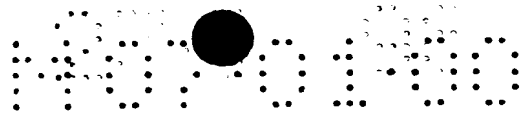
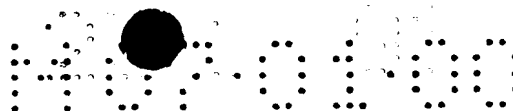


Abbildung 5 dargestellt. Die Potentiale sind jeweils als $E-E_0$, also relativ zum Halbstufenpotential angegeben.



Patentansprüche

1. Durch Anbindung einer redoxaktiven Substanz modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer, dadurch gekennzeichnet, daß die redoxaktive Substanz bei einem Potential φ selektiv oxidierbar und reduzierbar ist, wobei φ der Bedingung $2,0 \text{ V} \geq \varphi \geq -2,0 \text{ V}$, gemessen gegen Normalwasserstoffelektrode, genügt.
2. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, wobei als redoxaktive Substanz ein Farbstoff verwendet wird, insbesondere ein Flavin-Derivat, ein Porphyrin-Derivat, ein Chlorophyll-Derivat oder ein Bakteriochlorophyll-Derivat.
3. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 1, wobei als redoxaktive Substanz ein Chinon, insbesondere ein Pyrrolo-Chinolin-Chinon (PQQ), ein 1,4-Benzochinon, ein 1,2-Naphtochinon, ein 1,4-Naphtochinon oder ein 9,10-Anthrachinon verwendet wird.
4. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, wobei die redoxaktive Substanz kovalent alternativ an eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Einheiten, an eine der Zucker-Einheiten oder an eine der Basen des Nukleinsäure-Oligomers angebunden ist, insbesondere an eine enständige 3'- oder 5'-Einheit.
5. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der Ansprüche 1 bis 3, wobei die redoxaktive Substanz kovalent an einen verzweigten oder unverzweigten Molekülteil beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge angebunden ist und der verzweigte oder unverzweigte Molekülteil alternativ an eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Einheiten, an eine der Zucker-Einheiten oder an eine der Basen des Nukleinsäure-Oligomers angebunden ist, insbesondere an eine enständige 3'- oder 5'-Einheit.
6. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach Anspruch 5, wobei die redoxaktive Substanz kovalent an einen verzweigten oder unverzweigten Molekülteil angebunden ist, dessen längste Kette 1 bis 14 Atome umfaßt.
7. Modifiziertes Nukleinsäure-Oligomer nach einem der vorhergehenden Ansprüche, wobei als Nukleinsäure-Oligomer ein Desoxyribonukleinsäure-, Ribonukleinsäure- oder ein Peptidnukleinsäure-Oligomer verwendet wird.



8. Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers gemäß den Ansprüchen 1 bis 4, dadurch gekennzeichnet, daß die redoxaktive Substanz an ein Nukleinsäure-Oligomer gebunden wird, wobei die Anbindung an eine Phosphorsäure- oder Carbonsäure-Gruppe des Nukleinsäure-Oligomers durch Amidbildung mit (primären oder sekundären) einer Aminogruppe der redoxaktiven Substanz, durch Esterbildung mit einer (primären, sekundären oder tertiären) Alkohol-Gruppe der redoxaktiven Substanz, oder durch Thioesterbildung mit einer (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkohol-Gruppe der redoxaktiven Substanz bzw. durch Kondensation einer Amin-Gruppe des Nukleinsäure-Oligomers mit einer Aldehyd-Gruppe der redoxaktiven Substanz erfolgt.
9. Verfahren zur Herstellung eines modifizierten Nukleinsäure-Oligomers gemäß den Ansprüchen 5 bis 7, dadurch gekennzeichnet, daß die redoxaktive Substanz an einen verzweigten oder unverzweigten Molekülteil beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge kovalent angebunden ist, wobei die Anbindung an eine Phosphorsäure- oder Carbonsäure-Gruppe des verzweigten oder unverzweigten Molekülteils durch Amidbildung mit (primären oder sekundären) einer Aminogruppe der redoxaktiven Substanz, durch Esterbildung mit einer (primären, sekundären oder tertiären) Alkohol-Gruppe der redoxaktiven Substanz, oder durch Thioesterbildung mit einer (primären, sekundären oder tertiären) Thio-Alkohol-Gruppe der redoxaktiven Substanz bzw. durch Kondensation einer Amin-Gruppe des verzweigten oder unverzweigten Molekülteils mit einer Aldehyd-Gruppe der redoxaktiven Substanz erfolgt.
10. Modifizierte leitfähige Oberfläche, dadurch gekennzeichnet, daß eine oder mehrere Arten von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren gemäß den Ansprüchen 1 bis 7 an eine leitfähige Oberfläche angebunden sind.
11. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 10, wobei die Oberfläche aus einem Metall oder einer Metallegierung besteht, insbesondere einem Metall ausgewählt aus der Gruppe Platin, Palladium, Gold, Cadmium, Quecksilber, Nickel, Zink, Kohlenstoff, Silber, Kupfer, Eisen, Blei, Aluminium, Mangan und deren Mischungen.



12. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 10, wobei die Oberfläche aus einem Halbleiter besteht, insbesondere einem Halbleiter ausgewählt aus der Gruppe Kohlenstoff, Silizium, Germanium und α -Zinn.
13. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 10, wobei die Oberfläche aus einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 14 und 16, einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 13 und 15, einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 15 und 16, oder einer binären Verbindung der Elemente der Gruppen 11 und 17 besteht, insbesondere aus einem Cu(I)-Halogenid oder einem Ag(I)-Halogenid.
14. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 10, wobei die Oberfläche aus einer ternären Verbindung der Elemente der Gruppen 11, 13 und 16 oder einer ternären Verbindung Elemente der Gruppen 12, 13 und 16 besteht.
15. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 10 bis 14, wobei die modifizierten Nukleinsäure-Oligomere an die leitfähige Oberfläche kovalent oder durch Physisorption angebunden sind.
16. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 15, wobei alternativ eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Einheiten, eine der Zucker-Einheiten oder eine der Basen des Nukleinsäure-Oligomers kovalent oder durch Physisorption an die leitfähige Oberfläche angebunden ist, insbesondere eine enständige 5'- oder 3'-Einheit.
17. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach einem der Ansprüche 10 bis 14, wobei an die leitfähige Oberfläche verzweigte oder unverzweigte Molekülteile beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge kovalent oder durch Physisorption angebunden sind und die modifizierten Nukleinsäure-Oligomere kovalent an diese Molekülteile angebunden sind.
18. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach Anspruch 17, wobei die längste Kette des verzweigten oder unverzweigten Molekülteils 1 bis 14 Atome umfaßt.
19. Modifizierte leitfähige Oberfläche nach den Ansprüchen 17 und 18, wobei der verzweigte oder unverzweigte Molekülteil alternativ an eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Einheiten, an eine der Zucker-Einheiten oder an eine der Basen des Nukleinsäure-Oligomers kovalent gebunden ist, insbesondere an eine enständige 5'- oder 3'-Einheit.

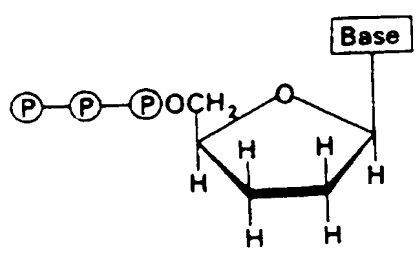


20. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach den Ansprüchen 10 bis 19, wobei ein oder mehrere Arten von modifizierten Nukleinsäure-Oligomeren gemäß den Ansprüchen 1 bis 7 auf eine leitfähige Oberfläche aufgebracht werden.
21. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach den Ansprüchen 10 bis 19, wobei eine oder mehrere Arten von Nukleinsäure-Oligomeren auf eine leitfähige Oberfläche gebunden werden und die an die leitfähige Oberfläche gebundenen Nukleinsäure-Oligomere durch Anbindung einer redoxaktiven Substanz an die Nukleinsäure-Oligomere modifiziert werden.
22. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach Anspruch 21, wobei die Anbindung der redoxaktiven Substanz an das Nukleinsäure-Oligomer durch Reaktion der redoxaktiven Substanz mit einer Phosphorsäure-Einheit, einer Zucker-Einheit oder einer der Basen des Nukleinsäure-Oligomers erfolgt, insbesondere durch Reaktion mit einer einständigen 5'- oder 3'-Einheit.
23. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach Anspruch 21, wobei die redoxaktive Substanz kovalent an einen verzweigten oder unverzweigten Molekülteil beliebiger Zusammensetzung und Kettenlänge angebunden wird und der verzweigte oder unverzweigte Molekülteil alternativ an eine der Phosphorsäure-, Carbonsäure- oder Amin-Einheiten, an eine der Zucker-Einheiten oder an eine der Basen des Nukleinsäure-Oligomers angebunden wird, insbesondere an eine einständige 3'- oder 5'-Einheit.
24. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach den Ansprüchen 20 bis 23, wobei das Nukleinsäure-Oligomer oder das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer mit dem dazu komplementären Nukleinsäure-Oligomerstrang hybridisiert wird und in Form des Doppelstranghybrids auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht wird.
25. Verfahren zur Herstellung einer modifizierten leitfähigen Oberfläche nach den Ansprüchen 20 bis 24, wobei das Nukleinsäure-Oligomer oder das modifizierte Nukleinsäure-Oligomer in Gegenwart von weiteren chemischen Verbindungen, die ebenfalls an die leitfähige Oberfläche angebunden werden, auf die leitfähige Oberfläche aufgebracht wird.

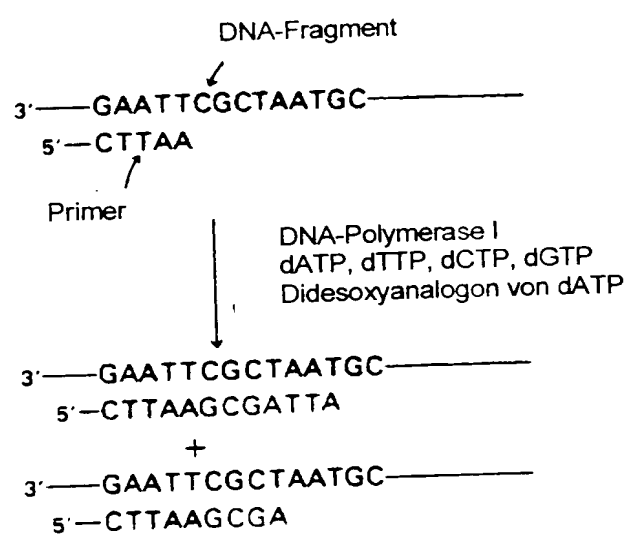
H 0 7 0 1 0 0

26. Verfahren zur elektrochemischen Detektion von Oligomerhybridisierungsereignissen, dadurch gekennzeichnet, daß eine leitfähige Oberfläche gemäß den Ansprüchen 10 bis 19 mit Nukleinsäure-Oligomeren in Kontakt gebracht wird.
27. Verfahren nach Anspruch 26, wobei die Detektion cyclovoltammetrisch, amperometrisch oder durch Leitfähigkeitsmessung erfolgt.

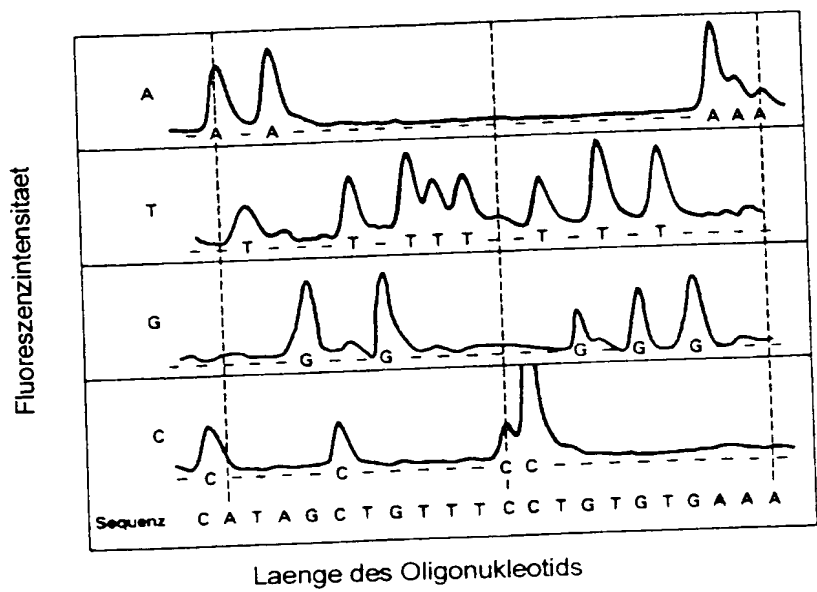
Figur 1a



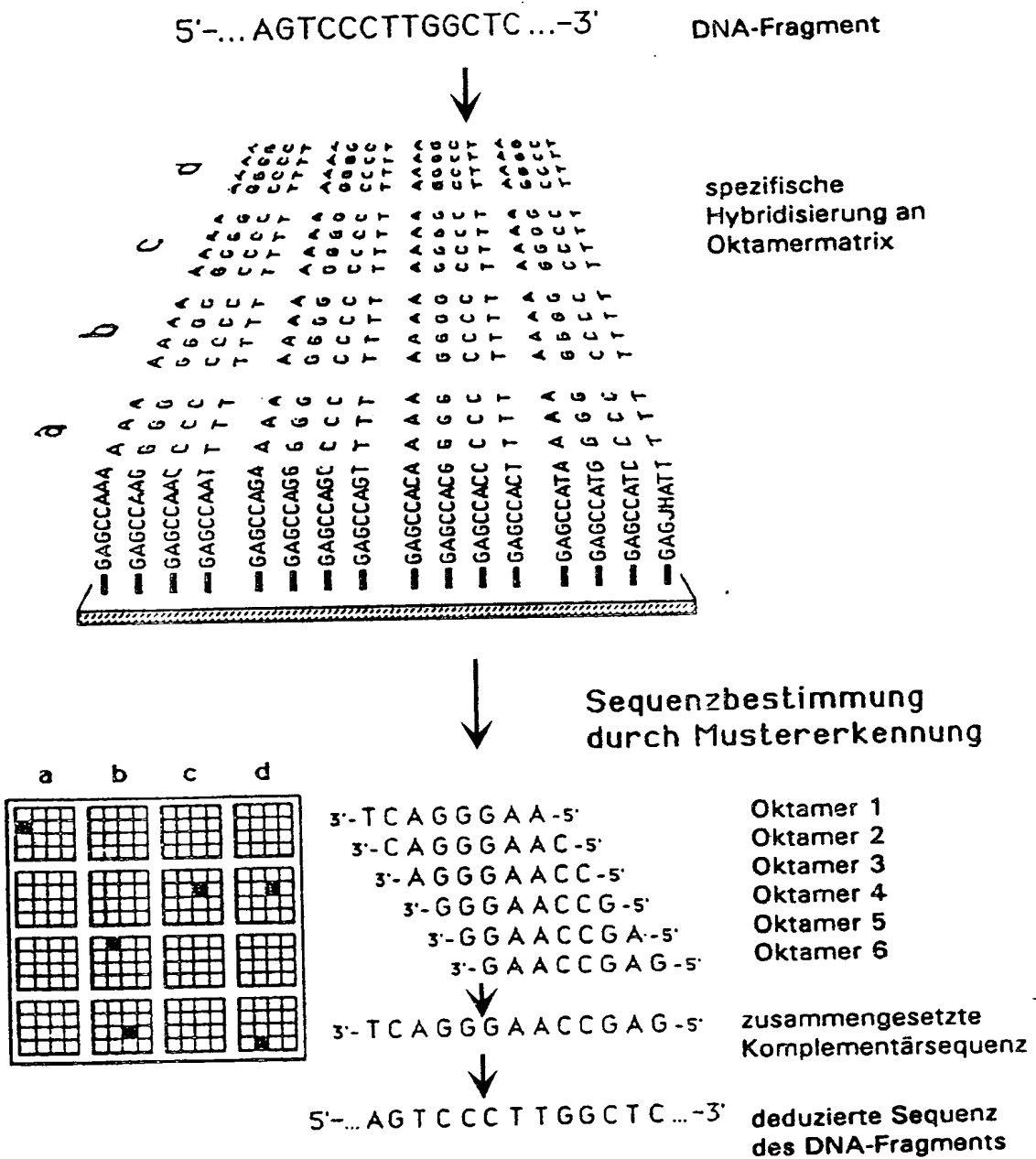
Figur 1b



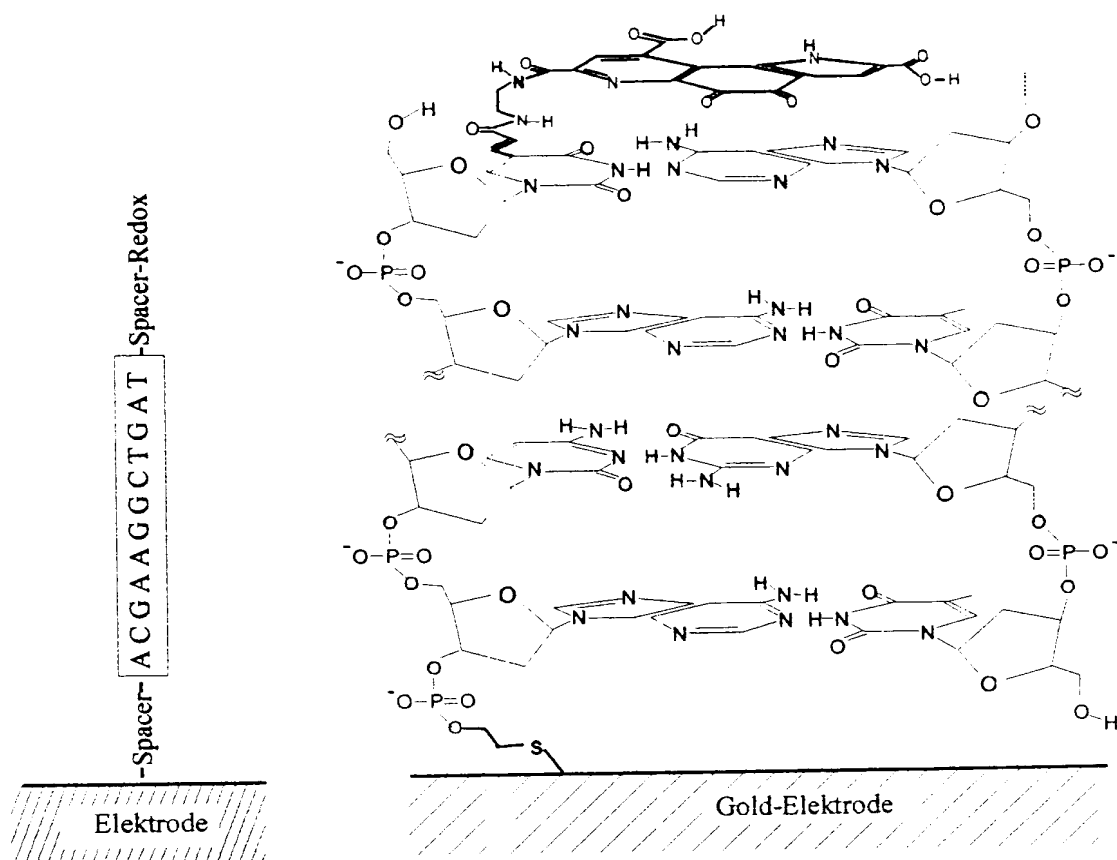
Figur 1c



Figur 2

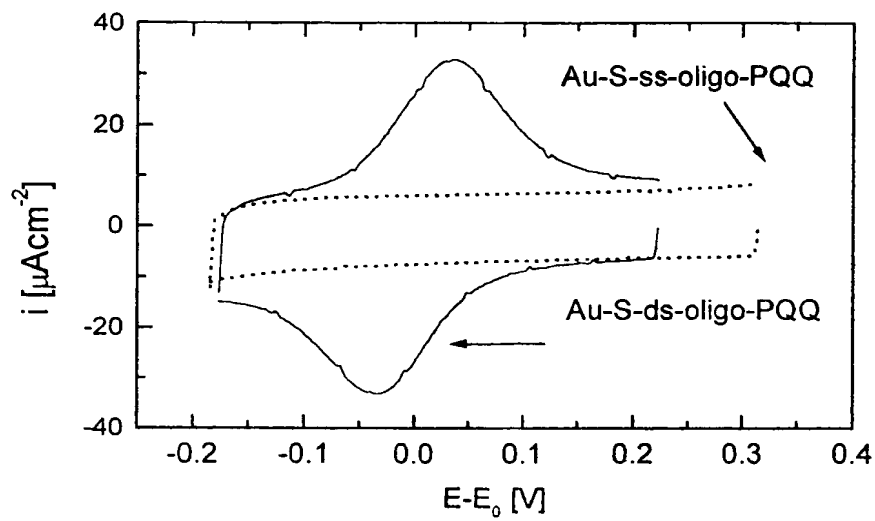


Figur 3



37
100

Figur 4



Figur 5

